

Foto: Cristiane Krug



Protocolo de coleta e montagem de psíldeos

Dalva Luiz de Queiroz¹

Daniel Burckhardt²

Marilice Cordeiro Garrastazu³

Psíldeos (Hemiptera: Psylloidea) são insetos pequenos que possuem uma relação muito específica com seus hospedeiros. Os insetos da superfamília Psylloidea são muito importantes na agricultura e silvicultura, por causarem danos diretos às plantas e por transmitirem doenças bacterianas. Um dos exemplos no Brasil é o psíldeo *Diaphorina citri* Kuwayama, que transmite o agente causal de “huanglongbing” (HLB ou greening dos citros), que é considerada hoje a mais grave praga dos citros no mundo (BOVÉ, 2006). Essa doença, atualmente é responsável pela erradicação de mais de 14,8 milhões de plantas no Estado de São Paulo (KLEFFMANN, 2012) e pelo aumento nos custos de produção que podem variar de USD\$ 97,40/ha.ano a U\$ 472,12/ha.ano (FUKUDA et al., 2010). Com a globalização, a dispersão deste grupo de insetos tem aumentado nos últimos anos, com impactos relevantes aos cultivos florestais. Por exemplo, o psíldeo de concha (*Glycaspis brimblecombei*), que se tornou a principal espécie de psíldeo praga do eucalipto no Brasil, e em vários outros países onde foi introduzido (PERIS-FELIPO et al., 2011).

Os psíldeos possuem especificidade hospedeira e, por isso, são excelentes candidatos ao controle biológico de plantas invasoras, bons indicadores de qualidade ambiental e também podem ser incluídos na lista de insetos ameaçados de extinção, uma vez que alguns deles usam plantas ameaçadas de extinção como hospedeiras. Em todo o mundo, existem cerca de quatro mil espécies descritas e 235 gêneros de Psylloidea, com maior diversidade nas regiões tropicais e subtropicais. Apesar dos prejuízos causados e de se acreditar que o Brasil possui uma das maiores diversidades neste grupo (provavelmente mais de mil espécies), apenas 76 espécies foram registradas em nosso país (BURCKHARDT; QUEIROZ, 2012, 2013; BURCKHARDT et al., 2013). Isto se deve principalmente à falta de prospecção e de trabalhos taxonômicos dedicados a este táxon no Brasil.

Com o objetivo de facilitar os estudos desse grupo taxonômico, foi estabelecido um protocolo onde estão descritas todas as etapas de coleta e

¹ Engenheira Florestal, doutora em Entomologia, pesquisadora da Embrapa Florestas, Colombo, PR

² Entomologista, doutor, pesquisador do Naturhistorisches Museum, Basel, Suíça

³ Engenheira Florestal, mestre em Engenharia Agrícola, pesquisadora da Embrapa Florestas, Colombo, PR

montagem. O estabelecimento de um protocolo específico de coleta e montagem é fundamental para a preservação das características morfológicas e anatômicas do inseto, requisito necessário à identificação e descrição corretas. A observação de todos os passos deste protocolo viabiliza o armazenamento e/ou depósito em museus, de espécimes em perfeito estado de conservação por longos períodos de tempo, permitindo que estudiosos possam examiná-los no futuro.

1 Coleta

O levantamento de Psylloidea deve ser feito com o auxílio de redes entomológicas e de micro-aspiradores, complementado com a coleta manual das partes infestadas das plantas, quando for possível. As redes, que devem ser confeccionadas em tecido de malha fina, de preferência “voil”, de nãilon com proteção em “ripstop” (tecido especial, fino, leve, resistente e anti-rasgo) especificamente para esse fim, estão ilustradas na Figura 1C a E.

A rede é comprada em partes (Figura 1A) e deve ser acoplada ao aro que é parafusado nos cabos intercambiáveis. No momento da coleta, esta deve ser passada na parte externa das plantas com movimentos no sentido horizontal (Figura 1C).

Para retirar os psílídeos da rede, utiliza-se um micro aspirador (Figura 1B), acoplado em um tubo de vidro, com álcool 70%, de maneira que o inseto já morre ao cair no tubo, evitando maiores danos. No caso de coleta acidental de predadores, estes também já morrem de imediato e não danificam os psílídeos.

Na coleta manual, deve-se observar os sintomas e danos dos insetos nas plantas, principalmente nas folhas, ponteiiras e flores (Figura 2). Alguns provocam deformações ou galhas nas folhas, com aspecto bastante característico e visível (Figura 2C a E). Outros produzem conchas ou *lerps* que são estruturas de proteção, formadas por excrementos e ceras (Figura 2B).

Várias espécies são de vida livre, mas produzem uma grande quantidade de ceras que se espalham sobre a colônia, facilitando a visualização das mesmas nas folhas, brotações novas ou flores (Figura 2A e F).

Os insetos coletados com redes entomológicas e partes das plantas com danos e fases jovens do inseto devem ser levados para o laboratório, examinados em estereomicroscópio, visando identificar imaturos e adultos de psílídeos, bem como seus inimigos naturais. Os espécimes serão triados, separados, conservados em álcool 70% sem desnaturantes, etiquetados e identificados.

Obs: Álcool comum, comercial, de uso para limpeza contém uma substância que desnatura as proteínas dos insetos, causando sua deterioração (normalmente vêm escrito no rótulo do álcool). Para conservar insetos é necessário usar álcool hospitalar ou laboratorial, que vêm sem este agente desnaturante.

As amostras das plantas hospedeiras devem ser coletadas e herbarizadas para identificação. Se possível, levar a prensa ao local de coleta das amostras e prensá-las no mesmo dia, evitando que elas sejam danificadas ou percam folhas e outras estruturas importantes à identificação (Figura 3A e B). Caso não seja possível herbarizar as amostras ainda no campo, as mesmas devem ser embaladas em sacos de polipropileno, deixadas em local fresco até o momento da herbarização.

As informações gerais sobre o hospedeiro, local, danos do inseto e outras deverão ser anotadas em uma caderneta de campo (Figura 3D).

Todas as coletas devem ser georreferenciadas. O Global Positioning System (GPS) (Figura 3C) deverá estar preferencialmente configurado para o formato de coordenadas em graus decimais/decimal *degrees* (hddd.dddddd). O sistema de referência (Datum) deverá estar selecionado para o formato padrão que é o World Geodetic System (WGS84). Para manter a precisão, neste formato, é recomendado armazenar as coordenadas preservando seis casas após a vírgula. A definição do formato de coordenadas em graus decimais/decimal *degrees*, como preferencial, facilita a inserção das coletas em sistema de informações geográficas. Caso seja utilizado outro formato de armazenamento de coordenadas, estas deverão ser devidamente descritas como, por exemplo: graus, minutos decimais/*degrees* decimal minutes, graus minuto segundo/*degrees* minutes seconds, UTM/coordenadas métricas (com informação de Fuso).

Fotos A, B, D e E: Dalva Luiz de Queiroz

Foto C: Flávia Queiroz Sant'Anna



Figura 1. Coleta de psíldeos com rede entomológica e micro-aspirador.

Fotos: Dalva Luiz de Queiroz



Figura 2. Sintomas apresentados pelas plantas: A - Colônia de *Blastopsylla occidentalis* com ceras brancas na brotação; B - conchas de *Glycaspis brimblecombei* nas folhas; C - galhas tipo enrolamento de folhas, provocadas por *Triozoidea limbata*; D - galhas globulares de *Trioza* sp.; E - galhas de *Calophya terebinthifolii* tipo "pit galls"; F - infestação de adultos e imaturos de *Diclidophlebia* sp. na flor.

Fotos: Dalva Luiz de Queiroz

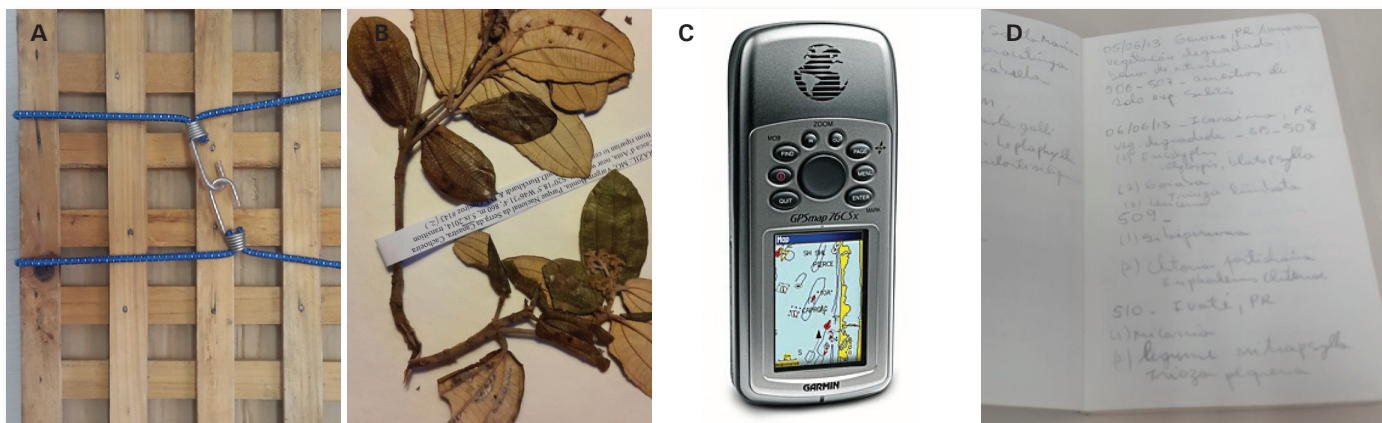


Figura 3. Materiais de coleta em campo. A - prensa para herbarização das plantas hospedeiras; B - amostra de planta herbarizada; C - GPS para georreferenciamento das coletas; D - caderneta de campo.

Os insetos poderão ser armazenados temporariamente em álcool, desde que em frascos com uma boa vedação para que o álcool 70% não evapore. Frascos tipo criogênese são, em geral, melhores para conservação temporária e transporte do que os do tipo eppendorf, pois apresentam uma boa vedação e são mais fáceis para se manipular. As etiquetas de identificação devem sempre ser colocadas no interior do tubo, junto com os insetos e não coladas na parte externa, pois podem cair e as informações sobre a amostra serão assim perdidas.

Após a identificação das espécies, dois machos e duas fêmeas serão montados a seco e encaminhados como *voucher* para uma instituição cadastrada no Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (Sisbio), como fiel depositária. Todos os pontos de coleta serão marcados com GPS, para posterior mapeamento da distribuição das espécies e obtenção de dados meteorológicos.

2 Montagem em lâmina

2.1 Materiais necessários

Solução de KOH 10%, tubos de vidro, aquecedor tipo bloco seco para tubos, bloco de aquecimento a seco para tubos (Figura 4F), água destilada, etanol 70%, etanol 96%, Roti®-Histol (princípio ativo limoneno, pureza acima de 95%), bálsamo do Canadá, plasticina (massa de modelar), glicerina, pinças de dissecação (uma de ponta fina e uma mais chata), palitos com pinos (alfinetes entomológicos) inseridos (pode ser fixado com cola não solúvel em álcool), *embryo dish*, pipetas, lâminas de microscópio e lamínulas quadradas (15 mm x 15 mm), lâminas escavadas, etiquetas para lâminas (Figura 4). *embryo dish* são recipientes chatos, com base reta, interior abaulado, dimensões 4 cm x 4 cm e 1,5 cm de altura, usados para manipular embriões ou pequenos animais, ou partes deles (Figura 4B).

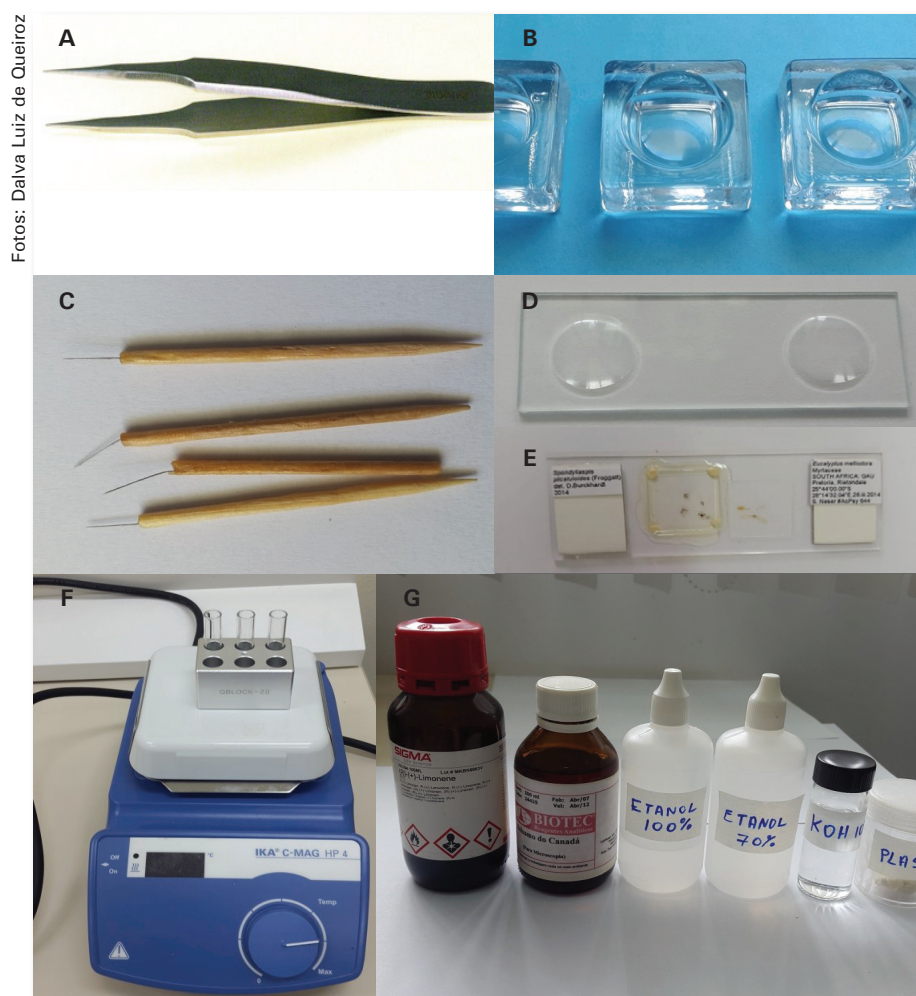


Figura 4. Materiais para a montagem em lâmina. A - pinça de ponta fina; B - *embryo dishes*; C - micro estiletos feitos com palitos de dente; D - lâmina escavada; E - lâmina com montagem permanente; F - placa aquecedora e bloco seco com tubos para clarificação; G - kit de reagentes usados na clarificação e montagem.

O Roti®-Histol ou limoneno é utilizado no processo, em substituição ao xileno ou óleo de cravo, porque não é tóxico.

2.2 Clarificação das amostras

Colocar os espécimes a serem montados num tubo de vidro contendo solução de KOH a 10%. Colocar os tubos em bloco seco para que possam ser levados diretamente sobre placa aquecedora (Figura 4F) ou, então, em banho-maria. A temperatura a ser atingida é de 80 °C, não excedendo 90 °C. O tempo para clarificação depende do meio de conservação, da idade e tamanho dos insetos, etc. Insetos mortos por temperatura baixa (freezer) ou acetato de etila são clarificados em poucos minutos. Insetos mortos e/ou conservados em álcool podem demorar até 30 minutos para clarificar. Assim, após iniciar o aquecimento, eles devem ser observados regularmente até que o processo de clarificação se complete.

Especial atenção deve ser dada aos cuidados com a segurança, na manipulação de substâncias químicas corrosivas. O uso adequado de equipamento de proteção individual (EPI), como jaleco, óculos de segurança e luvas é obrigatório.

O processo é interrompido quando a amostra se torna suficientemente clara e o material mais macio do interior do inseto é dissolvido, o que se dá em questão de poucos minutos, exigindo monitoramento constante. Se ficar por tempo demais, o espécime não será adequado para a montagem. A duração do processo depende de como o espécime foi fixado, esperando-se um tempo mais longo para espécimes preservados em álcool do que aqueles secos ao ar. Se os insetos tiverem sido mortos em acetato de etila ou num congelador, os músculos não estarão fixados, demandando um tempo menor de clarificação do que insetos armazenados em álcool.

Após a clarificação, a amostra deve ser lavada em água destilada a 80 °C de duas a três vezes, tomando-se o cuidado de não exceder 30 segundos nessa operação, a fim de se evitar a formação de bolhas. Em seguida, transfere-se a amostra para etanol a 70%, onde poderão ser mantidos o tempo necessário para que os mesmos sejam conferidos e limpos. Depois, transferi-la para etanol a 96%

por alguns minutos, em vidro de relógio ou *embryo dish*, para que adquira consistência apropriada para a dissecação. Essa sequência de série alcoólica é importante para que a água contida no interior do inseto seja substituída pelo etanol. A dissecação e montagem dos insetos pode ser feita imediatamente após a sequência de clarificação. Caso isto não seja possível, os insetos podem ser armazenados na última fase de álcool (96 %), dissecados e montados em lâminas, no dia seguinte.

2.3 Dissecação dos espécimes

Adicionar álcool 96% no *embryo dish*, em quantidade suficiente para manter os espécimes imersos. Usar dois palitos de dente, com alfinetes entomológicos finos colados na ponta, para a dissecação (Figura 5A e B). O espécime deve ser dissecado em seis partes, ao longo de cinco etapas, como se segue:

- **Separando o abdômen do tórax:** O inseto deve ser colocado na posição ventral, com a cabeça para frente e com o corpo em um leve ângulo ao invés de ficar em linha reta. Colocar o pino que está na mão esquerda firmemente entre as pernas posteriores, segurando o corpo do inseto desta maneira. Com o pino da mão direita (o mais fino), separar cuidadosamente o segmento abdominal do torácico (Figura 5C).
- **Separando o protórax e cabeça do restante do corpo:** manter o espécime na posição ventral e com o pino que está na mão esquerda inserido entre as pernas posteriores. Colocar o pino que está na mão direita logo atrás do aparelho bucal do inseto (rosto). Em seguida, seguir o contorno ventral da esquerda para a direita do corpo e cuidadosamente separar o protórax (com cabeça, pernas e rosto) do resto do tórax. Não danificar a cabeça durante este processo (Figura 5D).
- **Separando o mesotórax do metatórax:** continuar a segurar o pino da mão esquerda no metatórax e cuidadosamente separar os dois segmentos com o pino da mão direita (Figura 5E).
- **Separando as asas anteriores do mesotórax:** colocar o pino da mão esquerda no buraco do segmento tórax com o objetivo de fixação.

Fotos: Daniel Burckhardt e Dalva Queiroz

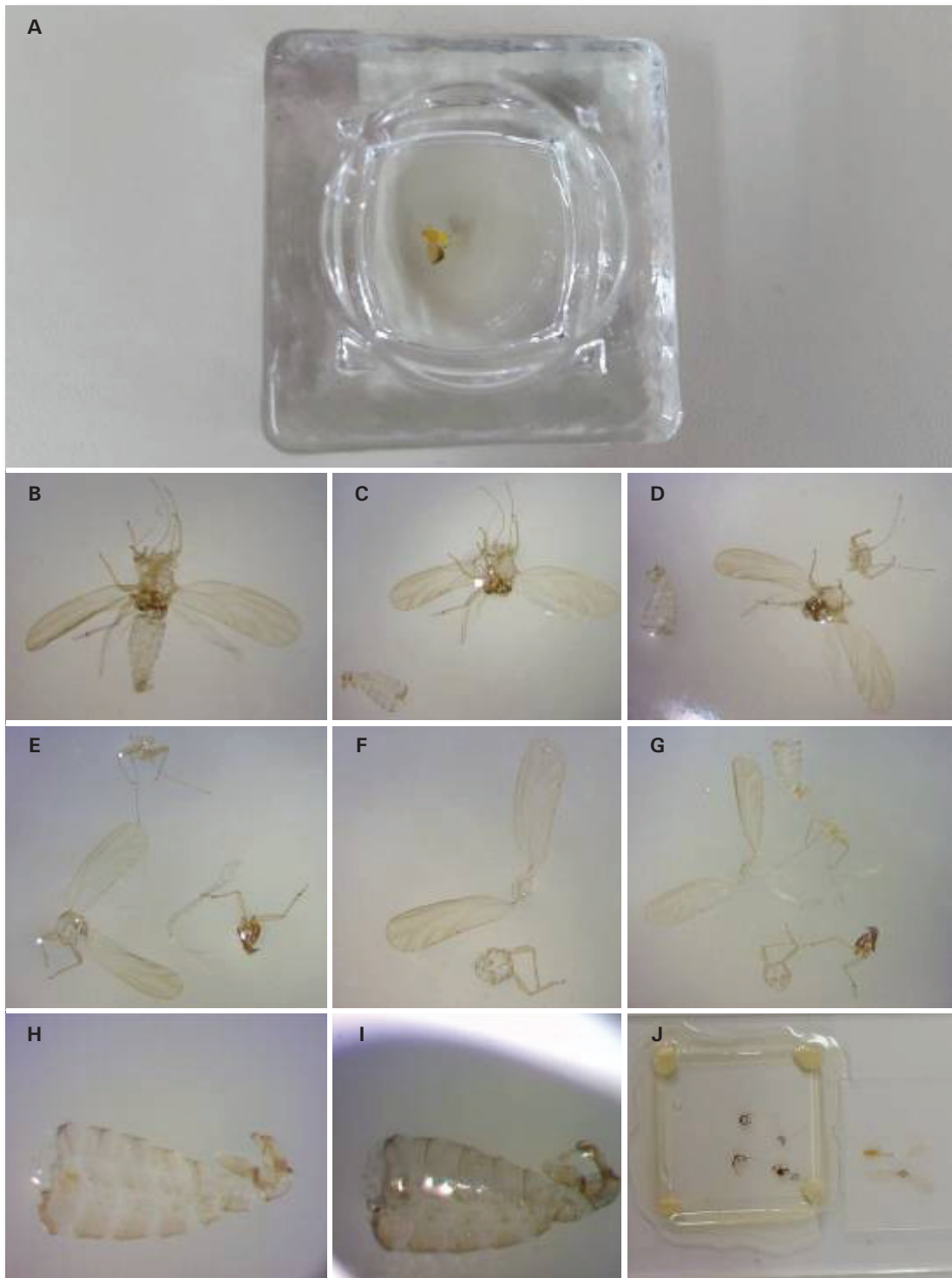


Figura 5. Passos para a dissecação dos espécimens: A - *embryo dish* com espécimen para dissecação; B - detalhe do espécimen a ser dissecado; C - separando o abdômen do tórax; D - separando o protórax e cabeça do restante do corpo; E - separando o mesotórax do metatórax; F - separando as asas anteriores do mesotórax; G - separando as asas posteriores do metatórax e todas as seis partes separadas; H - terminália do macho em posição lateral; I - terminália do macho em posição lateral com edeago extendido; J - espécimen montado em lâmina.

Verificar se a margem anterior do mesotórax está voltada para cima e as pernas um pouco para o lado. A asa anterior esquerda é então dobrada para cima para que o pleuron (lado do tórax) fique acessível. Separar cuidadosamente as asas mantendo-as ligadas ao notum do mesotórax (Figura 5F).

- Separando as asas posteriores do metatórax: posicionar a amostra de modo que a margem anterior fique ligeiramente voltada para cima. Cortar onde as asas estão ligadas lateralmente ao tórax e cuidadosamente separar o notum com as asas conectadas ao restante do metatórax (Figura 5G).

Após esses passos, o inseto deve estar separado em seis partes (Figura 5G). Prosseguir com a limpeza do abdômen e outras partes, se necessário. O abdômen é limpo apertando suavemente o segmento abdominal com uma pinça sem corte, de modo que as partículas de sujidade restantes fluam para a solução de álcool. Tratando-se de espécime masculino, garantir que a bomba de esperma fique intacta, mas se for fêmea deixar alguns ovos no abdômen. Trocar o álcool de modo que fique limpo. Por último, expor o edeago dos espécimes do sexo masculino antes da montagem em lâmina (Figura 5H e I). Adicionar mais álcool 96% às amostras.

2.4 Montagem de espécimes em lâmina

- Preparar e limpar as lâminas e lamínulas de cobertura 15 mm x 15 mm. Etiquetar as lâminas antes da montagem. Coloque pedaços de plasticina nos cantos de uma lamínula.
- Transferir as peças dissecadas para Roti®-Histol, nesta ordem: abdômen, metatórax, mesotórax, protórax + cabeça, asas dianteiras e asas traseiras.
- Adicionar na lâmina duas gotas de bálsamo do Canadá, uma maior e outra menor. Espalhar de modo que as mesmas fiquem mais planas.
- Colocar as partes do corpo dissecadas na gota maior de bálsamo do Canadá, na seguinte ordem: abdômen (canto inferior direito), metatórax (canto

inferior esquerdo), mesotórax (canto superior esquerdo), protórax + cabeça (canto superior direito).

- Em seguida, adicionar as asas à gota menor de bálsamo: primeiro as asas anteriores e, em seguida, as asas posteriores.
 - Checar a lâmina e fazer os ajustes adequados das peças sob o microscópio.
1. Primeiro, assegurar-se que as asas estão posicionadas corretamente e se não estão dobradas. A veia costal deve ficar virada como de cabeça para baixo sob o microscópio. Quando as asas estiverem corretamente posicionadas, colocar a lamínula (sem plasticina) suavemente sobre o bálsamo, baixando-a de um lado. Pressionar suavemente os cantos da lamínula com uma pinça sem corte, para garantir que as asas fiquem completamente achatadas debaixo dela.
 2. O próximo passo é organizar as demais peças dissecadas na gota maior. Começar com a cabeça, o vertex deve estar no mesmo plano que o da lâmina e as antenas estendidas em direção oposta ao montador. Usar o estilete para remover o clipeo com o rostro e posicioná-lo na posição lateral. As pernas dianteiras e o pronoto são colocados abaixo da cabeça. As pernas traseiras são colocadas de modo que o meracanto fique voltado para cima e, em seguida, dividi-lo, ficando metade virada para a esquerda e a outra metade virada para a direita. Posicionar o abdômen de modo que se tenha uma boa visão lateral da terminália, com a base do abdômen para cima e à direita e a terminália para a esquerda. Quando as peças estiverem corretamente posicionadas, colocar a lamínula com plasticina suavemente sobre o bálsamo, abaixando-a a partir de um lado. Pressionar suavemente os cantos da lamínula com uma pinça chata. Adicionar uma quantidade extra de bálsamo em torno das bordas da lamínula, para selar a lâmina (Figuras 4E e 5J). Secar as lâminas em estufa a 38 °C, por 3 a 4 semanas.
 3. Montagem de imaturos: imaturos do último ínstar são clarificados da mesma forma que os adultos e transferidos para Roti®-Histol. Preparar lâminas de

microscópio com bálsamo do Canadá e adicionar o imaturo na posição dorsal com a cabeça voltada para o montador. Esticar as pernas, de modo que os membros anteriores fiquem apontando para frente e as pernas médias e posteriores apontando para trás. Alguns espécimes podem ser montados em vista dorsal e outros em vista ventral. Colocar a lamínula com plasticina suavemente sobre o bálsamo. Pressionar delicadamente os cantos da lamínula com uma pinça sem corte até a lamínula tocar o bálsamo. Adicionar bálsamo extra em torno das bordas da lamínula até completa vedação. Secar as lâminas em estufa a 38 °C, por 3 a 4 semanas.

4. Montagem temporária: se a montagem permanente não é necessária ou desejada, o abdômen pode ser simplesmente transferido para uma gota de glicerina em uma lâmina escavada, após a lavagem com etanol a 70%. Colocar uma gota de glicerina no sulco da lâmina escavada, colocar o abdômen do inseto na gota de glicerina e colocar uma lamínula sobre a gota de glicerina e abdômen do inseto. A lamínula pode cobrir de 1/3 a 1/2 da área escavada. Desta forma é possível mover o espécimen sob a lamínula (Figura 4D), colocando-o em posições que favorecem a visualização das estruturas importantes na identificação.

5. Montagem a seco: Além da montagem de espécimes em lâmina e fixados em álcool, é recomendável manter pelo menos duas amostras de cada sexo por espécie, montadas a seco.

5.1. Materiais necessários: alfinetes entomológicos (nº 2 ou 3), bloco entomológico, papel cartão 200 g livre de ácido, alicate de cortar triângulo entomológico, cola para insetos (solúvel em água), papel de filtro, pinça e tesoura (Figura 6).

5.2. Método de montagem: sob o microscópio, escolher machos e fêmeas preservados em álcool, pois essas amostras estarão mais endurecidas e adequadas para montagem do que os adultos

recém-emergidos. Levantá-los pela perna e colocá-los em um papel de filtro com a cabeça virada para a direita e abdômen virado para a esquerda. Deixá-los secando ao ar por alguns minutos. Nesse meio tempo, preparar alfinetes entomológicos com triângulos entomológicos. Cortar os triângulos usando alicate próprio (Figura 6A). Um macho e uma fêmea da mesma espécie podem ser montados no mesmo alfinete em dois triângulos de papel-cartão. Furar com o alfinete entomológico na base do triângulo de papel-cartão e empurrá-lo até a altura desejada, usando para isto o bloco entomológico (Figura 6B). Adicionar outro triângulo de papel-cartão logo abaixo, caso for montar macho e fêmea no mesmo alfinete. Adicionar uma pequena quantidade de cola na ponta de cada triângulo. Esperar o inseto secar no papel filtro e usar a ponta do triângulo para tocá-lo e recolhê-lo. Posicione-o corretamente sobre o ápice do triângulo. Se necessário, usar a pinça para ajustar cuidadosamente o inseto. O uso de peças triangulares de papel-cartão 200 g, para a montagem de insetos, permite uma fácil visualização de todas as características de insetos sob o microscópio.

5.3. Etiquetagem: As etiquetas devem ser feitas em papel livre de ácido, 200 g, e impressos em impressora a laser. As etiquetas com dimensões de 1,7 cm por 0,8 cm devem ser escritas na direção do alfinete, a partir dele e não de fora para dentro, a fim de evitar que o alfinete atravesse o texto. Posição das etiquetas: superior: nome da planta onde o inseto foi coletado, meio: local e outras informações sobre a coleta, embaixo: etiqueta de identificação do inseto (Figura 6C e D).

5.4. Organizando as amostras: organizar os insetos montados em alfinetes em um gabinete apropriado, classificando-os em família e gênero. Certificar-se de ter sempre as etiquetas voltadas na mesma direção (para evitar bater nos insetos quando levantar pinos), com a cabeça dos espécimes voltada para a direita e abdômen para a esquerda (Figura 6D, E e F).

Fotos A-D: Dalva Luiz de Queiroz



Fotos E e F: Jury Weiss

Figura 6. Materiais para a montagem a seco: A - alicate para cortar triângulos de papel; B - Bloco entomológico com alfinetes; C - exemplares montados e organizados na caixa; D - casal montado e etiquetado; E - caixa com exemplares montados e organizados; F - armário com caixas apropriadas para coleção entomológica.

Referências

BOVÉ, J. M. Huanglongbing: a destructive, newly-emerging, century-old disease of citrus. **Journal of Plant Pathology**, v. 88, n. 1, p. 7-37, 2006.

BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L. Checklist and comments on the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) from Brazil. **Zootaxa**, v. 3571, p. 26-48, 2012.

BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L. Phylogenetic relationships within the subfamily Aphalarinae including a revision of *Limataphalara* (Hemiptera: Psylloidea: Aphalaridae). **Acta Musei Moraviae, Scientiae biologicae** (Brno), v. 98, p. 35-56, 2013.

BURCKHARDT, D.; QUEIROZ, D. L.; DROHOJOWSKA, J. Revision of the neotropical jumping plant-louse genus *Mastigimas*

(Hemiptera, Psylloidea) attacking *Cedrela* and *Toona* species (Meliaceae). **Zootaxa**, v. 3745, p. 1-18, 2013.

FUKUDA, L. A.; FRANCO, D.; FACIO, S. L.; LIMA NETO, R. S. Sustentabilidade econômica da citricultura, perante o huanglongbing. **Citrus Research & Technology**, v. 31, n. 2, p. 107-114, 2010.

KLEFFMANN. Citros: greening avança e exige manejo rigoroso. 2012. Disponível em: <<http://ruralcentro.uol.com.br/analises/citros-greening-avanca-e-exige-manejo-rigorous-3087#y=0>>. Acesso em: 23 nov. 2016.

PERIS-FELIPO, F. J.; MANCUSI, G.; TURRISI, G. F.; JIMÉNEZ-PEYDRÓ, R. New chronological and biological data of the Red Gum Lerp Psyllid, *Glycaspis brimblecombei* Moore 1964 in Italy (Hemiptera, Psyllidae). **Biodiversity Journal**, v. 2, p. 13-17, 2011.

Comunicado Técnico, 393

Embrapa Florestas
Endereço: Estrada da Ribeira Km 111, CP 319
CEP 83411-000 - Colombo, PR
Fone: 41 3675-5600
www.embrapa.br/florestas
www.embrapa.br/fale-conosco/sac/



1ª edição
Versão eletrônica (2017)

Comitê de Publicações

Presidente: Patrícia Póvoa de Mattos
Vice-Presidente: José Elidney Pinto Júnior
Secretária-Executiva: Elisabete Marques Oaida
Membros: Elenice Fritzsons, Giselda Maia Rego, Ivar Wendling, Jorge Ribaski, Luis Claudio Maranhão Froufe, Maria Izabel Radomski, Susete do Rocio Chiarello Penteado, Valderes Aparecida de Sousa

Expediente

Supervisão editorial: José Elidney Pinto Júnior
Revisão de texto: José Elidney Pinto Júnior
Normalização bibliográfica: Francisca Rasche
Editoração eletrônica: Neide Makiko Furukawa